

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
“ANTONIO NARRO”**

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA



**Efecto de la fertilización Na/K con aplicaciones de inductores de
resistencia sobre la productividad de carbohidratos y el crecimiento de
Agave tequilana Weber.**

Por:

JOSÉ NEMORIO GONZÁLEZ PRECIADO

TESIS

Presentada como Requisito Parcial para
Obtener el Título de:

Ingeniero Agrónomo en Horticultura

**Buenavista, Saltillo, Coahuila, México
Agosto del 2003**

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
“ANTONIO NARRO”**

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

**Efecto de la fertilización Na/K con aplicaciones de inductores de
resistencia sobre la productividad de carbohidratos y el crecimiento de
Agave tequilana Weber.**

TESIS

Por

JOSÉ NEMORIO GONZÁLEZ PRECIADO

Que somete a la consideración del H. Jurado examinador,
como requisito parcial para obtener el título de:

Ingeniero Agrónomo en Horticultura

Aprobada por:

Dr. Adalberto Benavides Mendoza
Asesor Principal

Dra. Hortensia Ortega Ortiz
Asesor Externo

Dra. Rosalinda Mendoza Villarreal
Sinodal

Ing. Elyn Bacópulos Téllez
Sinodal

M.C. Arnoldo Oyervides García
Coordinador de la División de Agronomía

**Buenavista, Saltillo, Coahuila, México
Agosto del 2003**

***“EL VERDADERO VALOR DE UN SER HUMANO ESTÁ EN SU CAPACIDAD DE
DESPRENDERSE DE SI MISMO... EL HOMBRE DEBE VALORARSE POR LOS
BENEFICIOS QUE APORTE A OTRAS PERSONAS Y NO POR LOS BIENES
QUE RECIBE DE LOS DEMÁS”.***

A. EINSTEIN

DEDICATORIA

A MIS PADRES:

Luis González Preciado

Eloisa Preciado Herrera

Por su apoyo y confianza incondicional, por traerme al mundo y por hacer de mí lo que ahora soy.

A MIS HERMANOS:

José Manuel, José Luis, Pascual, Eligio, Jesús, Ma. Socorro, Sara, Ma. Elena, Rosa María y Carmen.

Por todo el apoyo, amistad y confianza que me han brindado en lo largo de mi vida y de esta carrera.

A MIS ABUELOS:

Prudencia Frías (†)

Jesús Herrera

Eligio González (†)

Aurelio Preciado

Por haberme dado todo el cariño a lo largo de mi vida, en especial a mi Nina en paz descanse.

A MIS TIOS, CUÑADOS Y CUÑADAS

Por todos los consejos, confianza y apoyo brindado.

A YAHAIRA:

Por todos los momentos felices que hemos pasado juntos, además de su cariño, comprensión y por todo lo que me ha dado.

A MIS AMIGOS:

M.C. Alfonso Rojas, M.C. José Antonio, M.C. Leobardo Bañuelos, Karenji, Juan Antonio, Octavio, Marcos, Paco, Juan Ramírez, Silvia, Narciso, Roberto, Nicolás, Yesica Maro, Benigno, Adalberto Frías, Miguel Frías, Luis, Pedro Castro, Jesús y Pedro Beas.

A toda la generación 99-03 de Horticultura en especial a Oscar Madrigal y Leonides Manuel.

A todos mis paisanos, en especial a Ramiro, Mariela, Noe, José Ramón, Silvino, Juan Ramón, Gerardo, Jesús, Ernesto Jiménez, Mariano, Renato, Guillermo Cueto, Sésar, Arturo, Luis Alberto, Ernesto Candelario, Moisés, Nacho (†), Raúl, Nacho Sayula, Juan Carlos y Manuel Salas.

AGRADECIMIENTOS

A Dios:

Por haberme dado la vida y guiarme sobre ella por un buen camino, siempre con esperanza y fe.

A mi “Alma Mater”

Por las herramientas que me ha brindado a través de los conocimientos, para enfrentarme a los problemas que existen en nuestro país.

Al Dr. Adalberto Benavides Mendoza.

A quien admiro y respeto, gracias por su apoyo y la amistad que me ha brindado.

A la M. C. Rosalinda Mendoza Villarreal.

Por su apoyo en la realización de este trabajo y por sus consejos.

A la Dra. Hortensia Ortega Ortiz

Gracias por su apoyo y los conocimientos que me ha dado en la elaboración de esta investigación.

Al Ing. Elyn Bacópulos Téllez

Por su amistad y el apoyo brindado en la realización de este trabajo.

A T.L.Q. Ma. de Jesús Sánchez Velásquez

Por el apoyo brindado en la realización de este trabajo.

A la Lic. Laura Olivia Fuentes Lara

Por el apoyo brindado en la realización de este trabajo.

Y a todos aquellos Doctores, Maestros, Ingenieros y laboratoristas que contribuyeron en mi formación profesional.

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Composición y concentración de la solución Douglas ó Testigo (Solución A).....	15
Cuadro 2. Composición y concentración de la solución Douglas + Na (Solución B).....	15
Cuadro 3. Calendario de aplicación de pesticidas para el control de plagas y enfermedades.....	20
Cuadro 4. Prueba de comparación de medias de Fisher ($P \leq 0.05$) para diámetro de la corona, cobertura foliar y número de hojas.....	26
Cuadro 5. Prueba de comparación de medias de Fisher ($P \leq 0.05$) para el peso seco de la raíz, de la corona, de las hojas y total de la planta.....	27
Cuadro 6. Prueba de comparación de medias de Fisher ($P \leq 0.05$) para el peso fresco de la raíz, de la corona, de las hojas y total de la planta.....	28
Cuadro 7. Prueba de comparación de medias de Fisher ($P \leq 0.05$) para azúcares solubles, glucosa, almidón y carbono orgánico en el tejido de la corona de <i>Agave tequilana</i> Weber.....	32
Cuadro 8. Prueba de comparación de medias de Fisher ($P \leq 0.05$) para azúcares solubles, glucosa, almidón y carbono orgánico en el tejido de la hoja de <i>Agave tequilana</i> Weber.....	32

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Fotografía de plantas de <i>Agave tequilana</i> Weber.....	14
Figura 2. Estructura química del poliácido acrílico (PAA).....	16
Figura 3. Estructura química del quitosán.....	16
Figura 4. Estructura química del complejo de poliácido acrílico y quitosán.....	17
Figura 5. Espectro de infrarrojo del Complejo PAA-Quitosán.....	17
Figura 6. Croquis de ubicación de los tratamientos.....	18

ÍNDICE DE CONTENIDO

DEDICATORIA	i
AGRADECIMIENTOS	ii
ÍNDICE DE CUADROS	iii
ÍNDICE DE FIGURAS	iv
ÍNDICE DE CONTENIDO	v
I. INTRODUCCIÓN	1
Objetivos	2
Hipótesis.....	2
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
Origen.....	3
Clasificación botánica.....	3
Características morfológicas	3
Manejo de la Fertilización	4
Investigación fitosanitaria	5
Importancia del sodio	6
Importancia del potasio	6
Comportamiento de los azúcares y almidones en las plantas.....	7
Ácido salicílico.....	8
Efectos del ácido salicílico en las plantas.....	9
Ácido salicílico y el control de los patógenos	9
Poliácido Acrílico (PAA).....	10
Quitósán	10
Complejos interpolielectrolíticos no–estequiométricos	12

III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	14
Localización Geográfica del sitio experimental	14
Material biológico	14
Materiales	14
Soluciones nutritivas	15
Solución A (Testigo).....	15
Solución B (Alta en sodio).....	15
Inductores de resistencia	16
Agua (Testigo)	16
Ácido Salicílico.....	16
Poliácido Acrílico (PAA)	16
Quitósán	16
Complejo PAA-Quitósán	17
Diseño experimental	18
Establecimiento del Experimento.....	18
Trasplante.....	18
Riegos.....	19
Aplicación de los Inductores de Resistencia	19
Control Fitosanitario	19
Variables Evaluadas	20
Variables morfológicas.....	20
Diámetro de la Corona.....	21
Cobertura Foliar	21
Número de Hojas	21
Variables de Biomasa	21
Peso fresco y seco de la planta	21
Variables Bioquímicas	22
Azúcares solubles.....	22
Glucosa y almidón	22
Carbón Orgánico.....	23

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	24
Variables morfológicas.....	24
Diámetro de la corona.....	24
Cobertura foliar	24
Número de hojas.....	25
Variables de Biomasa	26
Peso seco de la planta.....	26
Peso fresco de la planta	27
Variables Bioquímicas	29
Azúcares solubles.....	29
Glucosa.....	29
Almidón.....	30
Carbón Orgánico.....	31
V. CONCLUSIONES.....	33
VI. LITERATURA CITADA	35

I. INTRODUCCIÓN

El agave (*Agave tequilana* Weber) es utilizado como materia prima para la industria del tequila, se consumen cerca de 800,000 toneladas al año, siendo una fuente de ingresos para 11,000 productores. En los últimos años la superficie del cultivo ha aumentado considerablemente al pasar de 25,189 has. en 1990 a 66,283 has. en 1995, y para 1998 solo en el estado de Jalisco había 62,000 has.

Una adecuada fertilización en agave tequilero con potasio y calcio, proporciona altos rendimientos, plantas más sanas y piñas o cabezas con alto contenido de azúcares. Por otro lado la nutrición balanceada con sodio en especies del desierto se relacionan con una buena productividad. En algunas especies el sodio puede reemplazar en cierto porcentaje al potasio.

Por otra parte la aplicación de inductores de resistencia constituye una alternativa para el manejo de enfermedades. Dichos inductores pueden ser compuestos de bajo peso molecular como el ácido salicílico, o bien compuestos de alto peso molecular como el quitosán. La resistencia sistémica inducida permite la adaptación de las plantas a diversos tipos de estrés incluyendo la presencia de patógenos.

En diferentes trabajos se ha señalado que la aplicación exógena de quitosán permite aumentar las lecturas de transcritos de los genes relacionados con la patogénesis, disminuyendo la susceptibilidad al daño del patógeno presente. Así mismo en la mayoría de ellos no se reporta el efecto sobre la morfogénesis y productividad de la planta.

El agave tequilero se encuentra actualmente sometido a grandes problemas derivados al parecer de patógenos que causan enormes pérdidas entre los productores, además de esto existe una demanda insatisfecha de *Agave tequilana* y a diferencia de otros cultivos requiere de 6 a 8 años para su maduración.

Debido a que existe poca información acerca de la modificación en la fertilización de *Agave tequilana* y del efecto de la aplicación externa de inductores de resistencia, se pretende implementar una tecnología muy económica para el mejor manejo de la nutrición y la fitosanidad, con impacto en la productividad y en el tiempo de cosecha de la planta.

Objetivos

Determinar el efecto de la relación Na/K sobre la acumulación de carbohidratos y el crecimiento de las plantas de *Agave tequilana*.

Determinar el efecto de los inductores de resistencia sobre la acumulación de carbohidratos y el crecimiento de las plantas de *Agave tequilana*.

Hipótesis

Al elevar el cociente Na/K se modificará el contenido de los carbohidratos y por lo tanto el crecimiento de la planta *Agave tequilana*.

La aplicación foliar de inductores de resistencia aumenta el crecimiento de *Agave tequilana*.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

Origen

El agave tequilero (*Agave tequilana* Weber) al parecer tiene su centro de origen en México, debido a que en esta región se encuentra la mayor variabilidad y número de especies (SEPSA, 1999). El género *Agave* fué el principal elemento en la dieta de los primeros mexicanos, desde el año 7,000 A. de C hasta el año 1,500 A. de C. además de alimento los agaves les proporcionaban fibras, bebida, abrigo y productos misceláneos naturales (ITESM, 2000).

Clasificación botánica

El agave tequilero pertenece al Reino Plantae, División Angiospermae, Clase Monocotiledoneae, Orden Liliales, Familia Agavaceae, Subfamilia Agavoideae, Género *Agave*, Subgénero *Euagave*, Sección *Rigidae*, Especie *tequilana* Weber (Granados, 1993)

Características morfológicas

El *Agave tequilana* Weber Azul es una planta suculenta de dimensiones cercanas a 1.5 metros de alto por 1.5 metros de diámetro. Sus necesidades de agua son moderadas una vez que está establecida en el campo, requiere de exposición plena al sol. Su reproducción es por rizomas a partir del cuarto año y en su madurez emite un largo meristemo apical en forma de espiga, que al florear y producir semillas, la planta muere (CRIT, 1997). Presenta hojas color azul- verdoso o glaucas, delgadas y casi planas, de 1.25 m de largo y 8 a 10 cm de ancho; la espina terminal es de color rojo oscuro, de 2 cm; los dientes son rojizos triangulares, de 3 a 4 mm y separados a una distancia de 1 a 1.5 cm, el

margen que los une es ligeramente blanquecino. El tiempo que tarda en llegar al estado de madurez industrial es aproximadamente de 6 a 8 años (Granados, 1993). Las flores son blanco amarillento, en forma de panícula piramidal apareciendo en la extremidad del qurote. El fruto es una cápsula triangular con numerosas semillas (CRIT, 1997).

Manejo de la Fertilización

El agave es un cultivo capaz de adaptarse a suelos delgados poco profundos, pedregosos e inapropiados para otros cultivos; sin embargo no por ello se debe creer que es una planta con bajo requerimiento de nutrientes. En suelos con un alto contenido calcáreo y un buen contenido de nutrientes, se alcanza una buena calidad y un rendimiento alto. Suelos arenosos muy pobres, pueden proporcionar rendimientos remunerativos solo si se fertilizan con potasio y cal. La extracción total de nutrientes estimada que realiza la planta durante su período de aprovechamientos de 6 años y para una población de 3200 plantas/ha es de: 284 kg de N, 108 kg de P_2O_5 , 614 kg de K_2O , 84 kg de Mg y 780 kg de Ca. La elevada extracción de calcio implica el porque esta planta rinde bien en suelos especialmente calizos y con un pH del suelo entre 7.0 a 8.0. Una deficiencia de calcio puede causar síntomas posiblemente de virus (moteado de hoja), así mismo la pudrición del tallo esta asociado con la mala nutrición en base a calcio. La adecuada fertilización potásica constituye una buena alternativa para lograr plantas mas sanas, piñas o cabezas con mayor contenido de azucares y menor dureza de sus fibras (Chirinos, 2000).

Laboratorios A & L de México (2000) basándose en numerosos análisis foliares efectuados en *Agave*, han establecido los rangos normales que debe presentar la planta cuando se encuentra bien nutrida y con un perfil óptimo de rendimiento. El nivel de nutrientes foliar adecuado para un Agave de 5 a 6 años de edad es de: 1.50-3.50 % de N; 0.10-0.20 % de P; 1.80-3.00 % de K; 3.0-4.0 % de Ca; 0.50-1.0 % de Mg; 0.10-0.25 % de S; 50-200 ppm de Fe; 30-100 ppm de Mn; 8-20 ppm de Cu; 15-50 ppm de Zn y de 20-80 ppm de B.

Investigación Fitosanitaria

En 1997 dio inicio el “programa general de apoyo y desarrollo tecnológico a la cadena productiva *Agave tequilana*”, con la firma del convenio entre CONACYT, Gobierno del Estado de Jalisco y el Consejo Regulador del Tequila (CRT), y la participación de siete instituciones de investigación: Universidad de Guadalajara (U. de G.), Centro de Investigación y Asistencia Tecnológica del Estado de Jalisco (CIATEJ), Centro de Investigación en Óptica A. C. (CIO), Centro de Investigación en Matemáticas (CIMAT), Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM); CINVESTAV-Irapuato, Colegio de Postgraduados (CP); con tres líneas de investigación: fitopatología, ecofisiología y mejoramiento genético.

Investigadores de la U. de G., y del CP reportaron como agente causal de la pudrición del tallo a los hongos *Fusarium oxysporum* y *Thielaviopsis paradoxa*, y de la pudrición del cogollo a las bacterias *Erwinia carotovora* y *Pseudomonas sp.*

El Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias (CUCBA) de la U. de G. evaluó en campo diferentes moléculas para el problema de pudrición del cogollo, encontró buenos resultados al aplicar sulfato de cobre pentahidratado. Asimismo el CRT, el CIATEJ, BASF México y BUCMAN LABORATORIES realizaron un trabajo de laboratorio para corroborar la presencia de *E. Carotovora* y *F. oxysporum* en hijuelos asintomáticos de Agave.

En cuanto a mejoramiento genético el CIATEJ cuenta con grandes cantidades de embriones producto de mutagénesis, los cuales resistieron las presiones de toxinas de algunos patógenos, además desarrolló investigaciones y técnicas dirigidas a la propagación “*in vitro*” para obtener gran cantidad de plantas de agave resistentes o tolerantes a patógenos (Aguirre, 2000).

Importancia del sodio

El sodio no es un elemento esencial, pero se considera como un micronutriente, pues existen evidencias de que el sodio es necesario para numerosas especies del desierto, como *Atriplex vesicaria* (Salisbury, 1994).

Salisbury, (1994) menciona que el sodio es necesario para el funcionamiento de las plantas con ciclo C_4 en las cuales genera CO_2 y las células de la vaina del haz para ser reducido a carbohidratos, sobre esta base podría decirse que el sodio es esencial para las especies C_4 en especial cuando crecen en concentraciones de CO_2 relativamente bajas como las que existen en el aire normal. Pero si no se aplica sodio a las plantas en atmósferas con concentraciones altas de CO_2 , no se observa ninguna deficiencia, o si se aplica sodio en atmósferas con concentraciones altas de CO_2 , las plantas muestran poca o ninguna respuesta dado que el CO_2 penetra por difusión en las células de la vaina del haz.

Satti *et al.*, (1996) mencionan que en bajas cantidades el sodio estimula el crecimiento y desarrollo de las plantas, valores muy altos se relacionan negativamente con la productividad y la calidad.

Importancia del potasio

Se considera un elemento esencial para las plantas, ya que tiene una influencia directa sobre su metabolismo, de manera que su presencia resulta determinante para continuar el ciclo biológico, y no puede ser reemplazado por otro (Pérez *et al.*, 1994).

El potasio es vital para la fotosíntesis. Cuando existe deficiencia de K, la fotosíntesis se reduce y la respiración de la planta se incrementa. Estas dos condiciones (reducción en la fotosíntesis e incremento en la respiración), presentes cuando existe deficiencia de K, reducen la acumulación de

carbohidratos, por ende disminución en el crecimiento y producción de la planta (AGROPECT star, 2002).

El potasio es un mineral activador de enzimas que son necesarias para sintetizar almidón y proteínas. También contribuye de manera importante a la potencial osmótico de las células y, por consiguiente a su presión de turgencia (Salisbury, 1994).

El potasio es el principal responsable del transporte de los azúcares que el *Agave tequilana* Weber elabora en sus pencas para ser luego movilizados a la piña y ser almacenados ahí (Cruz 2002).

Además el K es importante en la descomposición de los carbohidratos, un proceso que provee de energía a la planta para su crecimiento, ayuda a controlar el balance iónico, es importante en la translocación de metales pesados como el hierro (Fe), ayuda a la planta a resistir los ataques de plagas y enfermedades, mejora la resistencia de la planta a las sequías y heladas; además está involucrado en la activación de más de 60 sistemas enzimáticos que regulan las principales reacciones metabólicas de la planta (AGROPECT star, 2002).

Comportamiento de los azúcares y almidones en las plantas

Nobel, (1998) menciona que en las plantas de agave y cactus los azúcares se distribuyen como sacarosa por el floema de las hojas hacia la raíz. Los azúcares son utilizados por la mitocondria para producir el ATP por la respiración en los cloroplastos de las células del clorenquima durante la fotosíntesis o bien se pueden convertir en compuestos que llegan a ser parte del peso seco de la planta.

El almidón es el principal carbohidrato de reserva en la mayoría de las plantas. En las hojas el almidón se acumula en los cloroplastos, donde es un

producto directo de la fotosíntesis. En los órganos de reserva se acumula en los amiloplastos, en los cuales se forma después de la translocación de sacarosa u otro carbohidrato proveniente de las hojas. En las especies perennes el almidón se acumula durante los meses de invierno y se utiliza en la estación siguiente para reiniciar su crecimiento (Salisbury, 1994).

Christopher *et al*, (1996) evaluaron los carbohidratos almacenados durante la desacidificación en presencia de luz de 11 especies CAM y encontrando que la especie de *Agave guadalajara* no almacena almidón, glucosa, fructosa ni sacarosa.

Raveh *et al*, (1998) obtuvieron la primera evidencia de la presencia de la enzima málica que en los agaves usan sacarosa como fuente de carbono para la acumulación nocturna ácida.

Ácido salicílico (AS)

El ácido salicílico es muy conocido gracias al extenso uso clínico de la aspirina o ácido acetilsalicílico. El nombre de ácido salicílico proviene de *Salix*, el árbol cuyas hojas y corteza tradicionalmente se utilizaban como cura para el dolor y la fiebre, y del cual Johann Buchner en 1828 aisló la salicina. En 1874 se inició la producción comercial de AS en Alemania, mientras que el nombre comercial de aspirina, aplicado al ácido acetilsalicílico fue propuesto en 1898 por la Bayer Company (Raskin, 1992).

El ácido salicílico se obtiene por medio del tratamiento de la sal de un fenol con dióxido de carbono, que produce el reemplazamiento de un hidrógeno anular por el grupo carboxilo, conociéndose esta reacción con el nombre de Kolbe, mediante la cual se obtiene el ácido ortobenzóico o ácido salicílico (López, 1984).

Efectos del ácido salicílico (AS)

Entre los principales efectos del ácido salicílico en las plantas se encontró la inhibición de la germinación o del crecimiento de la raíz y el coleoptilo (Saxena y Rashid, 1980), lo que provoca cierre de estomas y reducción de la transpiración (Larque-Saavedra, 1975), mantiene turgente los estomas y los pulvinolos (Saeedi *et al.*, 1984), altera la permeabilidad de los tilacoides (Bell, 1981), aumenta la vida de anaquel en las flores cortadas, probablemente por un efecto combinado de inhibición en la biosíntesis del etileno y la celulasa en los tejidos (Ferrarese *et al.*, 1996) y de la acidificación del medio. Se sabe que el AS presenta propiedades de retraso de la senescencia (Bourbouloux *et al.*, 1998), es inductor de floración y tuberización así como compuesto termogénico y alelopático, entre otras (Raskin, 1992).

El ácido salicílico aplicado de forma exógena en concentración de 10^{-2} a 10^{-8} M aumentó la biomasa de plantas de soya (Gutiérrez-Coronado *et al.*, 1998), y el rendimiento de trigo (López *et al.*, 1998). Además se demostró su importancia en las reacciones de defensa contra los patógenos (Malamy *et al.*, 1990; Métraux *et al.*, 1990). Asimismo el AS se relaciona con la adaptación de las plantas a los ambientes extremos, y esto pudiera convertir a este compuesto y sus derivados en herramientas para el manejo agronómico del estrés (Benavides, 2002).

Ácido salicílico y el control de patógenos

La aplicación exógena de ácido salicílico (AS) da lugar a una respuesta de resistencia sistémica adquirida (RSA) por lo cual se dice que el AS funciona como activador o inductor de este proceso. De hecho en el tabaco la aplicación de AS o de partículas del Virus del Mosaico del Tabaco (VMT), da lugar a la inducción de prácticamente las mismas proteínas de defensa (Kang *et al.*, 1998).

Un nuevo enfoque en el control y prevención de enfermedades es el uso de compuestos activadores de la RSA, tales como el AS, sus derivados y sus análogos funcionales. Estos activadores o inductores no tienen un efecto directo sobre el patógeno, protegen a la planta desencadenando las cascadas de señales que activan la RSA, actuando así de forma diferente a los agroquímicos convencionales (Gorlach *et al.*, 1996; Stichter *et al.*, 1997; Sakamoto *et al.*, 1999; Gullino *et al.*, 2000).

Poliácido acrílico (PAA)

El poliácido acrílico (PAA) y sus copolímeros han recibido recientemente un intenso interés porque son muy usados como agentes espesantes para látex y adhesivos, así como ingredientes para la formulación de productos farmacéuticos, cosméticos, recubrimientos y en químicos para la agricultura. Entre las propiedades de interés del PAA se encuentran: el comportamiento especial de la viscosidad en soluciones. Muchos investigadores han estudiado extensamente los cambios conformacionales y los enlaces de hidrógeno de las cadenas macromoleculares que son responsables de los cambios de pH, fuerza iónica, temperatura y a la fuerza de corte. Los enlaces de hidrógeno en el PAA juegan un papel importante en las propiedades que exhibe éste. En un estudio reciente de espectroscopía Raman del PAA y sus análogos monoméricos indican que la disociación de los grupos COOH en especies libres es más desfavorable para el PAA que para compuestos modelo de unidades repetitivas de éste. A fin de explicar esta diferencia, los investigadores proponen que algunos enlaces de hidrógeno cooperativos podrían existir en soluciones acuosas de PAA (Dong, 1997).

Quitosán

El quitosán (poli-D-glucosamina) es un polisacárido de cadena lineal y se obtiene mediante la desacetilación extensiva de la quitina, un homopolímero

presente en los caparazones de crustáceos, moluscos, en las cutículas de los insectos y como constituyente de las paredes celulares de muchos hongos (Rathke *et al.*, 1994.). Es un polímero catiónico de alto peso molecular, soluble en ácidos orgánicos (Miranda *et al.*, 2002) biocompatible, biodegradable, de baja toxicidad (Cárdenas *et al.*, 2002) y puede utilizarse como agente antifúngico o bien como inductor de respuesta de defensa de las plantas (Shigemasa, 1995).

El quitosán es soluble en disoluciones de ácidos orgánicos, insoluble en solventes orgánicos, es soluble en soluciones de ácido clorhídrico y nítrico en concentraciones entre 0.15 a 1.1%, pero insoluble a concentraciones del 10%. Es insoluble en ácido sulfúrico y ligeramente soluble en ácido ortofosfórico al 0.5%. El mejor solvente para el quitosán es el ácido fórmico, en el que se obtienen soluciones en concentraciones de 0.2 al 100% (Shirai *et al.*, 1996).

Los grupos amino libres del quitosán le confieren propiedades importantes como polielectrolito lineal con alta densidad de carga (la carga positiva interactúa fuertemente con la carga negativa para dar un compuesto neutro), es un excelente floculante, se adhiere a superficies cargadas negativamente, aditivo para el cabello y la piel, quelante de iones metálicos (hierro, cobre), de metales tóxicos (cadmio, mercurio, plomo, cromo y níquel) y de radionuclidos (plutonio, uranio) (Mikheikin *et al.*, 1997) .

Cárdenas *et al.*, (2002) utilizaron quitosán para el encapsulamiento de pesticidas, logrando obtener biocidas con 1-2% de ingrediente activo en las microesferas, con esto eliminaron el uso de grandes cantidades de pesticidas, el efecto de la dilución por lluvia y el riesgo de contaminación de las capas subterráneas del suelo.

Karasuda *et al.*, (2002) asperjaron quitinasa sobre un cultivo de fresa, una semana después de que le aplicó, logró controlar el mildiu *Sphaerotheca humuli*.

Salvador *et al.*, (1999) recubrieron aguacate Hass con quitosán y lograron conservar el fruto en buen estado hasta por 6 meses, logrando además inhibir el crecimiento de microorganismos que causan la antracnosis y la pudrición del pedúnculo.

Para el tratamiento a semillas se utilizó quitosán, como un agente antifúngico y como un inductor de genes que ayudan a la planta a la resistencia contra enfermedades. Otro de sus usos es como nematicida, la quitina estimula el crecimiento de los microorganismos y las enzimas en el suelo. Las enzimas destruyen los huevos de nematodos que atacan el algodón, hortalizas, árboles frutales y cítricos (Meron Biopolymers, 1997).

Hadwiger *et al.* (1984) e Hidalgo *et al.* (1996) comprobaron que el quitosán induce una mayor germinación y rendimiento de los cultivos de cereal y tomate.

Complejos interpolielectrolíticos no-estequiométricos

Los complejos interpolielectrolíticos no-estequiométricos (CPEN) son el producto de las interacciones entre las macromoléculas de cargas opuestas. Estas interacciones iónicas son de una naturaleza cooperativa distinta que es la responsable de la estabilidad relativamente alta de los CPEN con respecto a su disociación en los polielectrolitos que lo constituyen. Es conocido que la estabilidad de los CPEN depende drásticamente de la concentración de las sales de bajo peso molecular en el sistema. La unión de las macromoléculas de cargas opuestas conduce a la liberación correspondiente de los iones pequeños que fueron previamente asociados a los poliiones. Por consiguiente el equilibrio es favorecido hacia la disociación del CPEN a concentraciones altas de sal,

pero a favor de la formación del CPEN a concentraciones bajas de sal. Los CPEN son compuestos macromoleculares anfifílicos, ya que contienen sitios hidrofóbicos e hidrofílicos. Los sitios formados por la unión de las contrapartes poliónicas son lo bastante hidrofóbicos por el apantallamiento mutuo de las cargas de los poliones. Los sitios hidrofílicos son las unidades del polielectrolito que no están involucradas en las interacciones iónicas entre las macromoléculas de cargas opuestas (Pergushov, 1996).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

Localización Geográfica del sitio experimental

El presente trabajo se realizó en un invernadero del Departamento de Horticultura de la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro” (UAAAN), en Buenavista Saltillo, Coahuila, México; localizada entre los paralelos 25°22' de latitud norte y los meridianos 101°103' de longitud oeste y a una altura de 1743 msnm.

Material biológico

Se utilizaron 80 plantas de *Agave tequilana* Weber obtenidas en forma de hijuelos de primera generación.

Materiales

Se utilizaron macetas plásticas con peat moss como sustrato. Como fertilizantes se aplicaron dos soluciones nutritivas con diferente balance sodio/potasio de acuerdo con lo descrito por Douglas (1976). Así mismo, se utilizaron cinco inductores de resistencia descritos más adelante.



Figura 1. Fotografía de plantas de *Agave tequilana* Weber.

Soluciones nutritivas

Cuadro 1. Composición y concentración de la solución Douglas ó Testigo (Solución A).

Compuesto	Dosis (g /100 Lts de agua)
$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$	17.5
$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	2.5
KNO_3	12.5
$\text{CaSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$	10.0
$\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$	0.005
H_3BO_3	0.025
$\text{Fe}_2(\text{SO}_4)_3 \cdot \text{H}_2\text{O}$	0.1
$\text{MnSO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$	0.025
$\text{H}_2\text{Mo}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$	0.00005
$\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	0.025
$\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$	2.5

Balance sodio/ potasio de 0.09

Cuadro 2. Composición y concentración de la solución Douglas + Na (Solución B).

Compuesto	Dosis (g/100 Lts de agua)
$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$	10.0
$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	2.5
KNO_3	10.0
NaNO_3	7.5
$\text{CaSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$	11.5
$\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$	0.005
H_3BO_3	0.025
$\text{Fe}_2(\text{SO}_4)_3 \cdot \text{H}_2\text{O}$	0.1
$\text{MnSO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$	0.025
$\text{H}_2 \text{Mo}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$	0.00005
$\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	0.025
$\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$	2.5

Balance sodio / potasio de 0.63

Inductores de resistencia:

Agua (testigo).

Ácido salicílico. AS grado reactivo (Marca ALQUIME) proporcionado por el Laboratorio del Departamento de Horticultura de la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro”.

Poliácido acrílico (PAA). (Figura 2). Polímero sintetizado en solución en el Centro de Investigación en Química Aplicada (CIQA), con un peso molecular viscosimétrico (Mv) de 212,000 determinado por viscosimetría usando como solvente el 1,4-dioxano a 30°C en un viscosímetro Ubbelohde.

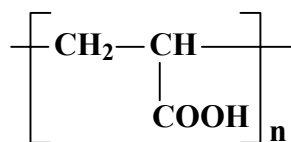


Figura 2.- Estructura química del poliácido acrílico (PAA)

Quitosán. (Figura 3). Polisacárido natural marca CarboMer, obtenido a partir de caparazones de cangrejo. Peso molecular promedio de 650,000 determinado en el CIQA por viscosimetría usando una mezcla de solventes: ácido acético 0.2M/ acetato de sodio 0.1M a una temperatura de 30°C.

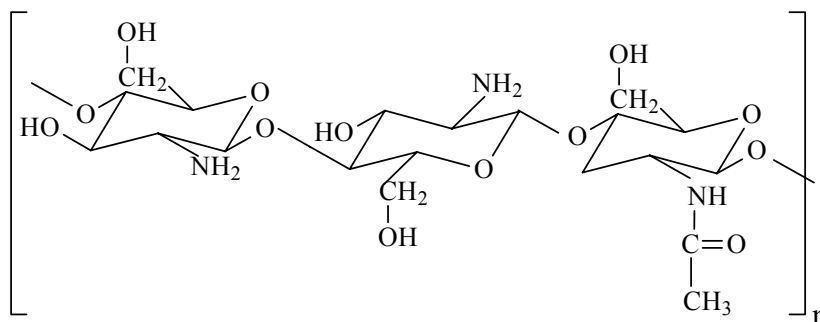


Figura 3. Estructura química del quitosán.

Complejo de poliácido acrílico y quitosán. (Figura 4). El complejo (PAA – Q) fue preparado en el CIQA con una composición de 0.3, pH de 7.4 en agua al 1%. Para su aplicación en las plantas además se agregó KNO_3 para ayudar a la formación del complejo.

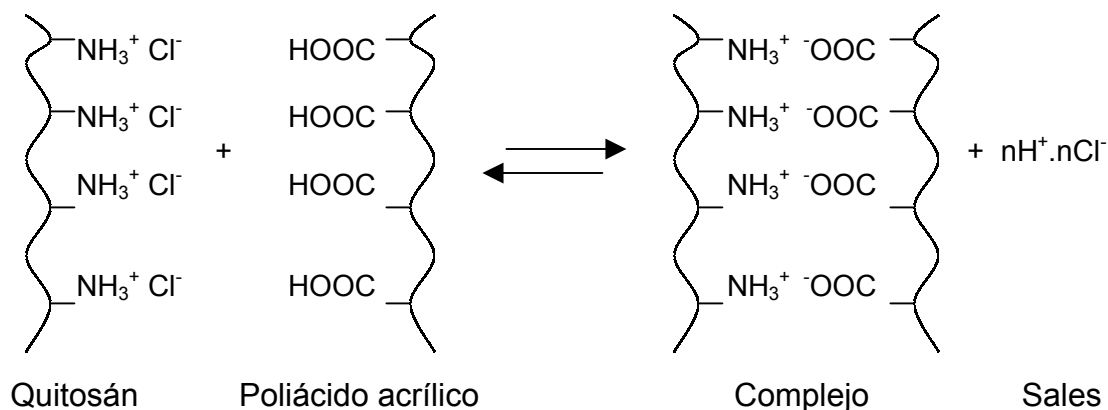


Figura 4. Estructura química del complejo de poliácido acrílico y quitosán.

El espectro de infrarrojo (Figura 5) para caracterizar el complejo (PAA – Q) muestra las señales características del polianión (PAA) a 1400 cm^{-1} y 1550 cm^{-1} para el carboxilato ($-\text{COO}^-$) y para el polication (Quitosán) a 2500 cm^{-1} y 3000 cm^{-1} el grupo amonio ($-\text{NH}_4^+$).

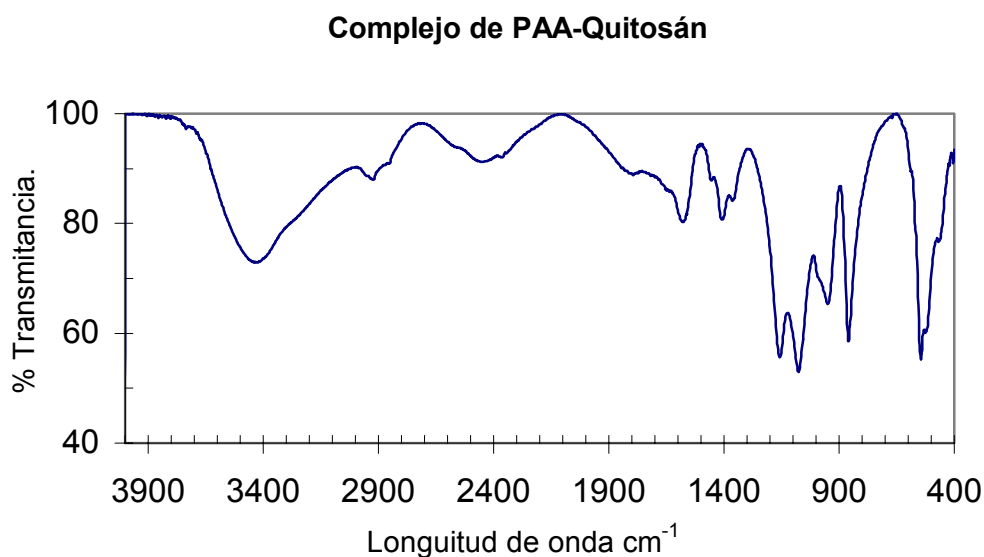


Figura 5. Espectro de infrarrojo del Complejo PAA-Quitosán.

Diseño experimental

Para esta investigación se utilizó un diseño completamente al azar, usando dos soluciones nutritivas: Douglas y Douglas enriquecida con sodio (Cuadro 1 y 2), 5 tratamientos con inductores de resistencia y 8 repeticiones por tratamiento, cada planta representaba una repetición. Los datos fueron analizados con análisis de varianza y prueba de medias de Fisher ($P \leq 0.05$) utilizando el Programa Statistica.

Establecimiento del experimento

El área total ocupada para este experimento fue de 27 m². La ubicación de los tratamientos se encuentra en la siguiente figura:

—————→ N

SOLUCIÓN A									SOLUCIÓN B								
Tratamiento	Repeticiones								Tratamiento	Repeticiones							
	1	2	3	4	5	6	7	8		1	2	3	4	5	6	7	8
4	X	X	X	X	X	X	X	X	1	X	X	X	X	X	X	X	X
2	X	X	X	X	X	X	X	X	3	X	X	X	X	X	X	X	X
5	X	X	X	X	X	X	X	X	4	X	X	X	X	X	X	X	X
1	X	X	X	X	X	X	X	X	2	X	X	X	X	X	X	X	X
3	X	X	X	X	X	X	X	X	5	X	X	X	X	X	X	X	X

Figura 6. Croquis de ubicación de tratamientos

Trasplante

Se realizó el 10 de febrero del 2002 en macetas de 10 kg, haciéndose la inducción del enraizamiento con raizal. Las macetas se colocaron a una distancia de 0.9 m entre hileras y de 0.3 m entre plantas. El 6 de octubre se modificó la distancia a 1 m entre líneas y 0.4 m entre plantas, incrementándose el área ocupada a 32 m².

Riegos

El primer riego de trasplante fue el día 10 de febrero del 2002 con agua corriente y se aplicó 1 litro por planta. A partir del 21 de abril del 2002 y hasta el 10 de mayo del 2003 se aplicaron las soluciones nutritivas vía riego, aplicando 1 litro de solución / planta dos veces por semana. Las aplicaciones se interrumpieron en dos ocasiones: la primera del 29 de noviembre del 2002 al 16 de enero del 2003 y la segunda del 15 de febrero al 15 de marzo del mismo año. Se utilizó un tonel de 200 litros para preparar cada solución.

Aplicación de los inductores de resistencia

Se hicieron 5 tratamientos de los cuales se usaron 4 inductores de resistencia que se aplicaron mediante aspersión foliar cada 15 días, a partir del 21 de abril del 2002 y hasta el 10 de mayo del 2003. Las aplicaciones se suspendieron en dos ocasiones: la primera del 29 de noviembre del 2002 al 16 de enero del 2003 y la segunda del 15 de febrero al 15 de marzo del mismo año. Las concentraciones de uso para cada tratamiento fueron las siguientes:

- 1.- Agua 160 ml / 8 plantas.
- 2.- Ácido salicílico 10^{-4} M (0.038 g / litro) 160 ml / 8 plantas.
- 3.- Complejo PAA–Quitósán al 1%, 160 ml / 8 plantas.
- 4.- Políácido acrílico al 0.05%, 160 ml / 8 plantas.
- 5.- Quitósán al 0.05% en ácido acético al 1%, 160 ml / 8 plantas.

Control fitosanitario

El siguiente cuadro muestra las diferentes plagas y enfermedades que se presentaron durante el periodo del experimento así como su control.

Cuadro 3.- Calendario de aplicación de los pesticidas para el control de plagas y enfermedades.

<i>Plagas y enfermedades</i>	<i>Control</i>	<i>Fecha de aplicación</i>	<i>Dosis</i>
Cochinilla rosada (<i>Macconellicoccus hirsutus</i>)	Temik granulado	9 / junio / 2002 27/ noviembre / 2003	3g /planta
Pudrición posiblemente causado por: <i>E. carotovora</i> y <i>Fusarium sp</i>	Cupertrón Fungimycin agrícola 5%	9 / septiembre / 2002 10 / septiembre / 2002 16 / enero / 2003 12 / abril / 2003	6ml /1.5 Lts de agua 3 g /1.5 Lts de agua.

Para el control de las malezas se colocó acolchado plástico de color negro bajo las macetas para evitar que estas emergieran. Las malezas que salieron en cada maceta se eliminaron manualmente.

Variables evaluadas

Las variables evaluadas complementan al trabajo realizado por Solano durante el 2002 (Solano, 2003).

Variables morfológicas

Para estas variables se tomaron los datos cada 15 días, a partir del 5 de mayo del 2002 y hasta el 10 de mayo del 2003, registrándose el diámetro de la corona, la cobertura de la planta y el número de hojas. Las evaluaciones se interrumpieron en dos ocasiones: la primera del 17 de noviembre del 2002 al 01 de febrero del 2003 (a causa de la llegada del invierno y con la finalidad de

acumular reservas en la corona) y la segunda del 15 de febrero al 29 de marzo del mismo año (por motivo de huelga en la UAAAN).

Diámetro de la corona. Se midió la base de la corona de cada planta con un vernier en sentido N-S y E-W registrando dicha medida en cm.

Cobertura foliar. Se midió la distancia que había entre las puntas de las hojas más largas en sentido N-S y E-W de cada planta registrando los valores en centímetros y utilizando la siguiente formula:

$$\text{Cobertura foliar en cm}^2 = \frac{L \times A \times \pi}{4}$$

Donde:

L = Largo ó distancia N-S en cm.

A = Ancho ó distancia E-W en cm

$$\pi = 3.1416$$

Número de hojas. Para esta variable se contó el número de hojas de cada planta.

Variables de biomasa

Peso fresco y seco de la planta. El 12 de Mayo del 2003 cuando las plantas tenían 456 días después del trasplante se eligieron al azar 2 plantas por tratamiento (20 plantas en total), se separaron las hojas, la corona y la raíz y se registró el peso fresco en gramos de cada parte de la planta. Se colocan por separado en las bolsas de papel y se secan en una estufa por 72 horas para determinar el peso seco en gramos.

Variables bioquímicas

Azúcares solubles. Se toman las muestras el 12 de Mayo del 2003 cuando las plantas tenían 456 días después del trasplante. Se elimina la cutícula de las hojas y se pesan 2 gramos de muestra finamente picada (corona y hojas) en una balanza analítica. Se depositan en un dedal que se coloca en un extractor Soxhlet que se conecta a un matraz bola de fondo plano de 250 ml previamente puesto a peso constante. Después se le añadieron 200 ml de alcohol al 80%. Se conectó el extractor Soxhlet al refrigerante, se encienden las mantas de calentamiento para llevar a cabo el reflujo del material. Los azúcares solubles se extraen por 8 horas continuas. Se evapora el solvente que contenía el matraz en un rotaevaporador hasta obtener el residuo de azúcares. Posteriormente se colocaron los matraces en la estufa a 80°C durante toda la noche, después se dejaron enfriar por 30 minutos en un desecador y luego se pesaron en una balanza analítica. El proceso de pesada se llevó a cabo varias veces hasta obtener el peso constante. Se determinó la concentración por medio de la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Azúcares solubles} = \left(\frac{PCMEA - PCMS}{GMH} \right) \times 100$$

Donde:

PCMEA = peso constante del matraz mas extracto de azúcares.

PCMS = peso constante del matraz solo.

GMH = gramos de muestra húmeda.

Glucosa y almidón. Para cada tratamiento se analizaron 2 plantas, se pesó un gramo de muestra picada y fresca por separado las hojas y la corona, se mezcló con 40 ml de HCl al 50% en un matraz erlenmeyer de 250 ml, calentando por 60 minutos hasta ebullición y se filtró recibiendo en un matraz volumétrico de 100 ml el cual se completó a volumen. Se tomó una alícuota de 20 ml de la solución filtrada y se colocó en un matraz erlenmeyer de 250 ml, se

añaden 27 ml de CuSO_4 y 25 ml de tartrato de sodio y de potasio (sal de Rochelle), se cubrió con un vidrio de reloj y se calentó el matraz en mechero Bunsen hasta ebullición para reducir el cobre con la formación de un precipitado rojo y continuar con la ebullición 2 minutos más. Se filtró la solución poco a poco en un crisol de vidrio de capa porosa con papel filtro (previamente puesto a peso constante). Se lavó el precipitado de Cu_2O con agua destilada. El crisol se pone en la estufa a 100°C hasta obtener el peso constante.

Por diferencia de peso se obtiene el Cu_2O y se convierte a glucosa utilizando la tabla 52.019* de Hammond (AOAC). La glucosa obtenida se multiplica por 0.925 para obtener el peso del almidón (AOAC, 1980). Con los pesos obtenidos en gramos se calculó el porcentaje (%) de cada azúcar.

Carbono orgánico. Se pesaron 0.5 gramos de muestra húmeda (corona y hoja) en una balanza analítica y se colocaron dentro de un crisol de porcelana tarado (a peso constante). Se marca cada crisol para identificar las muestras. Cada crisol se colocó dentro de la mufla fría aumentando gradualmente la temperatura hasta 470°C , cuando fue constante la temperatura, se deja el crisol por una hora. Se apagó la mufla y se dejó enfriar hasta una temperatura de 120°C . Se colocaron los crisoles que contenían las cenizas dentro de un desecador, se dejaron enfriar y se pesaron. La materia orgánica y el carbón orgánico se calculó con la siguiente formula:

$$\% \text{ Materia orgánica} = 100 - \left[\left(\frac{A - B}{P} \right) \times 100 \right]$$

$$\% \text{ Carbono orgánico} = \% \text{ de materia orgánica} \times 0.39$$

Donde:

B = peso del crisol solo.

A = peso del crisol mas las cenizas.

P = peso de la muestra en gramos.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Variables Morfológicas

Diámetro de la corona

De acuerdo al análisis de varianza se encontraron diferencias altamente significativas en cada muestreo y para los tratamientos, pero sin diferencia para las soluciones Douglas y Douglas + Na⁺. La prueba de medias de Fisher ($P \leq 0.05$), (Cuadro 4) indicó que los tratamientos T2 (Ácido salicílico 10^{-4} M) de la solución A, T1 (testigo) de la solución B, seguido del tratamiento T3 (Complejo PAA-Q al 0.1%) de la solución B, presentaron el mayor diámetro de corona y el tratamiento T4 (Poliácido acrílico al 0.05%) de la solución A y de la solución B presentó el menor diámetro de la corona. Es probable que el tratamiento T4 (Poliácido acrílico al 0.05%) ejerció algún efecto negativo sobre el crecimiento de la corona, ya que el resto de los tratamientos presentaron valores más altos. En esta variable los resultados encontrados concuerdan con los mencionados por Solano (2003) quien también encontró valores más altos para los tratamientos T1 (testigo) y T2 (Ácido salicílico 10^{-4} M).

Cobertura foliar

De acuerdo al análisis de varianza se encontraron diferencias significativas para las soluciones Douglas y Douglas + Na⁺ y altamente significativas en cada muestreo, pero sin diferencia para los tratamientos. La prueba de medias de Fisher ($P \leq 0.05$), (Cuadro 4) muestran valores más altos en la cobertura foliar en los tratamientos con la solución B (Douglas + Na⁺) respecto a los tratamientos con la solución A (Douglas o el testigo). Es probable que la solución B (Douglas + Na⁺) tenga efectos positivos en el crecimiento de las hojas y el sodio estimule el crecimiento y el desarrollo de las plantas cuando es aplicado en cantidades bajas (Satti *et al.*, 1996).

En esta variable los resultados no concuerdan con los mencionados por Solano (2003) quien encontró diferencia altamente significativa para los tratamientos, pero sin diferencia para las soluciones Douglas y Douglas + Na⁺ quizás debido a la etapa metabólica de la planta.

Número de hojas

De acuerdo al análisis de varianza se encontraron diferencias altamente significativas en cada muestreo, en los tratamientos y para las soluciones Douglas y Douglas + Na⁺. La prueba de medias de Fisher ($P \leq 0.05$), (Cuadro 4) indicó que el tratamiento T2 (Ácido salicílico 10^{-4} M) seguido por los tratamientos T1 (testigo) y T3 (Complejo PAA-Q al 0.1%) de la solución A presentaron mayor número de hojas que el resto de los tratamientos, quizás debido a que el AS interviene modificando diferentes actividades fisiológicas y de desarrollo de las plantas como lo menciona Benavides (2002). En la misma prueba de medias también nos indica que con la solución A (Douglas) hay mayor número de hojas que en la solución B (Douglas + Na⁺), esto puede deberse a que la solución A tenga algún efecto en el incremento del número de hojas.

En esta variable los resultados encontrados en el análisis de varianza concuerdan con los mencionados por Solano (2003), quien encontró diferencias altamente significativas para los tratamientos donde el AS fue el tratamiento con mayor número de hojas, pero no concuerdan en cuanto a las soluciones nutritivas ya que él menciona no haber encontrado diferencias significativas.

Cuadro 4. Prueba de comparación de medias de Fisher ($P \leq 0.05$) para el diámetro de la corona, la cobertura foliar y el número de hojas.

Solución / Tratamiento	Variables		
	Diámetro de la corona	Cobertura foliar	Número de hojas
A1	8.8663 bc	4250.308 ab	20.416 a
A2	9.1225 a	4216.604 ab	20.458 a
A3	8.8735 bc	4271.775 ab	19.988 ab
A4	8.6663 cd	4016.558 b	19.058 c
A5	8.8325 bc	4258.137 ab	19.458 bc
B1	9.1096 a	4339.733 a	19.388 bc
B2	8.8013 bc	4346.169 a	19.367 bc
B3	8.9935 ab	4435.496 a	19.275 bc
B4	8.4833 d	4291.548 a	17.525 d
B5	8.8477 bc	4213.442 ab	19.138 c

NOTA: La letra A pertenece a la solución Douglas. La letra B a la solución Douglas + Na⁺.
 1-tratamiento T1 (testigo), 2-tratamiento T2 (Ácido salicílico 10⁻⁴ M), 3-tratamiento T3 (Complejo PAA-Q al 0.1%), 4-tratamiento T4 (Poliácido acrílico al 0.05%) y 5-tratamiento T5 (Quitósán al 0.05%).

Variables de biomasa

Peso seco de la planta

Al realizar el análisis de varianza no se encontraron diferencias significativas para los tratamientos, ni para las soluciones en el peso seco de la raíz (PSR), el peso seco de la corona (PSC), el peso seco de las hojas (PSH) y el peso seco total de la planta (PSTP). Sin embargo, se realizó la prueba de comparación de medias de Fisher ($P \leq 0.05$), (Cuadro 5) que indicó diferencias significativas entre el tratamiento T3 (Complejo PAA-Q al 0.1%) con la solución A resultando valores más altos respecto a los tratamientos T1 (testigo), T2 (Ácido salicílico 10⁻⁴ M) de la misma solución y el tratamiento T2 (Ácido salicílico 10⁻⁴ M) de la solución B en peso seco de hojas (PSH). En peso seco total de la planta (PSTP) hubo diferencias significativas entre el tratamiento T3 (Complejo PAA-Q al 0.1%) de la solución A con valores más altos respecto al tratamiento T1 (testigo) de la misma solución. Estos resultados indican que en la variable de peso seco de las hojas (PSH), el tratamiento T3 (Complejo PAA-

Q al 0.1%) con la solución A, tiene efectos positivos en la formación de la materia seca de la hoja ya que mostró valores más altos en relación con los demás tratamientos, y por consecuencia se tienen los mismos resultados en el peso seco total de la planta (PSTP), es probable que la interacción de la solución A con el tratamiento T3 (Complejo PAA-Q al 0.1%) tenga algún efecto positivo en la formación de la materia seca.

En estas variables (PSH y PSTP) los resultados encontrados no concuerdan con los mencionados por Solano (2003) quién no encontró ninguna diferencia estadística para los tratamientos en la prueba de medias.

Cuadro 5. Prueba de comparación de medias de Fisher ($P \leq 0.05$) para el peso seco de raíz, de corona, de hojas y total de la planta.

Solución / Tratamiento	Variables			
	PSR	PSC	PSH	PSTP
A1	29.20 a	228.95 a	228.25 b	486.40 b
A2	35.35 a	251.65 a	296.65 b	583.65 ab
A3	34.35 a	282.00 a	477.30 a	793.65 a
A4	22.70 a	176.10 a	324.00 ab	522.80 ab
A5	28.50 a	253.25 a	370.20 ab	651.95 ab
B1	29.25 a	227.20 a	323.30 ab	579.75 ab
B2	25.60 a	237.65 a	268.55 b	531.80 ab
B3	29.70 a	249.05 a	341.45 ab	620.20 ab
B4	19.10 a	231.40 a	357.30 ab	607.80 ab
B5	30.50 a	236.05 a	385.90 ab	652.45 ab

NOTA: La letra A pertenece a la solución Douglas. La letra B a la solución Douglas + Na⁺. 1-tratamiento T1 (testigo), 2-tratamiento T2 (Ácido salicílico 10⁻⁴ M), 3-tratamiento T3 (Complejo PAA-Q al 0.1%), 4-tratamiento T4 (Poliácido acrílico al 0.05%) y 5-tratamiento T5 (Quitósán al 0.05%). PSR es el peso seco de raíz, PSC es el peso seco de corona, PSH es el peso seco de hojas y PSTP es el peso seco total de la planta.

Peso fresco de la planta

Al realizar el análisis de varianza no se encontró diferencia significativa para los tratamientos, ni para las soluciones en el peso fresco de la raíz (PFR), el peso fresco de la corona (PFC), el peso fresco de las hojas (PFH) y el peso fresco total de la planta (PFTP). Sin embargo, se realizó la prueba de

comparación de medias de Fisher ($P \leq 0.05$), (Cuadro 6) e indicó diferencias significativas en los tratamientos T3 (Complejo PAA-Q al 0.1%) de la solución A y T3 (Complejo PAA-Q al 0.1%) de la solución B con valores más altos respecto al tratamiento T1 (testigo) de la solución A, en peso seco de hojas (PSH). En el resto de las variables no se encontraron diferencias entre los tratamientos. Estos resultados indican que en el peso fresco de las hojas (PFH), los tratamientos T3 (Complejo PAA-Q al 0.1%) con la solución A y con la solución B, tienen efectos positivos en la formación de biomasa en dicha variable. Estos mismos resultados también se observaron en peso fresco de corona (PFC), pero sin presentar diferencias significativas entre los tratamientos. Estos resultados concuerdan con los obtenidos en peso seco de la planta ya que la materia seca forma parte del peso fresco de la planta. Esta variable no está reportada por Solano (2003).

Cuadro 6. Prueba de comparación de medias de Fisher ($P \leq 0.05$) para el peso fresco de la raíz, de la corona, de las hoja y total de la planta.

Solución / Tratamiento	Variables			
	PFR	PFC	PFH	PFTP
A1	73.55 a	670.30 a	1000.45 b	1746.30 a
A2	89.55 a	790.15 a	1178.60 ab	2058.30 a
A3	95.35 a	887.10 a	1409.45 a	2391.90 a
A4	110.25 a	640.70 a	1199.75 ab	1950.70 a
A5	92.60 a	800.00 a	1275.65 ab	2168.25 a
B1	143.30 a	745.70 a	1308.90 ab	2197.90 a
B2	92.40 a	721.25 a	1127.30 ab	1940.95 a
B3	135.35 a	780.30 a	1353.50 a	2269.15 a
B4	77.25 a	749.65 a	1193.75 ab	2020.65 a
B5	88.55 a	766.20 a	1221.20 ab	2075.95 a

NOTA: La letra A pertenece a la solución Douglas. La letra B a la solución Douglas + Na^+ .

1-tratamiento T1 (testigo), 2-tratamiento T2 (Ácido salicílico 10^{-4} M), 3-tratamiento T3 (Complejo PAA-Q al 0.1%), 4-tratamiento T4 (Poliácido acrílico al 0.05%) y 5-tratamiento T5 (Quitósán al 0.05%). PFR es el peso fresco de raíz, PFC es el peso fresco de corona, PFH es el peso fresco de hojas y PFTP es el peso fresco total de la planta. Los datos están expresados en gramos.

Variables Bioquímicas

Azúcares solubles

Al realizar el análisis de varianza no se encontró diferencia significativa para los tratamientos, ni para las soluciones en el tejido de la corona. La tabla de comparación de medias de Fisher ($P \leq 0.05$), (Cuadro 7) muestra valores más altos para los tratamientos T1 (testigo) y T5 (Quitosan al 0.05%) de la solución A sobre el resto de los tratamientos, sin embargo; no se encontraron diferencias significativas. Por otra lado en el tejido de las hojas no se encontró diferencia significativa para los tratamientos, ni para las soluciones al realizar el análisis de varianza. La prueba de comparación de medias de Fisher ($P \leq 0.05$), (Cuadro 8) indicó diferencias significativas entre el tratamiento T1 (testigo) de la solución A y el T3 (Complejo PAA-Q al 0.1%) de la solución B con valores más altos en el testigo. Es probable que el complejo en interacción con la solución Douglas enriquecida en sodio tiene efectos negativos en la acumulación de azúcares en el tejido de la hoja.

Estos resultados no concuerdan con los mencionados por Solano (2003) quién encontró diferencias significativas entre soluciones en el tejido de corona y el tejido de la hoja y altamente significativas entre los tratamientos en el tejido de la corona.

Glucosa

Para esta variable en análisis de varianza se encontró diferencia significativa para los tratamientos pero no para las soluciones en el tejido de la corona. Al realizar la prueba de comparación de medias de Fisher ($P \leq 0.05$), (Cuadro 7) indicó que el tratamiento T5 (Quitosan al 0.05%) con la solución A y con la solución B muestra diferencias significativas con respecto a los tratamientos T3 (Complejo PAA-Q al 0.1%) y T4 (Poliácido acrílico al 0.05%) de

la solución B, que mostraron valores más bajos lo que indica que estos dos últimos tratamientos tuvieron un efecto negativo. En el tejido de la hoja no se encontró diferencia significativa para los tratamientos, ni para las soluciones. Al realizar la prueba de comparación de medias de Fisher ($P \leq 0.05$), (Cuadro 8) indicó que el tratamiento T5 (Quitosan al 0.05%) de la solución A seguido de los tratamientos T4 (Poliácido acrílico al 0.05%) de la solución B y T2 (Ácido salicílico 10^{-4} M) de la solución A mostraron diferencias significativas con valores más altos con respecto al tratamiento T1 (testigo) de la solución A es probable que los inductores de resistencia (Quitosan, PAA y AS) en interacción con las soluciones A y B tuvieron un efecto positivo en la acumulación de glucosa en las hojas debido al proceso fotosintético activo, ya que el testigo mostró los valores más bajos.

En esta variable los resultados obtenidos no concuerdan con los encontrados por Solano (2003), quién encontró diferencias significativas para las soluciones en ambos tejidos (corona y hoja) y altamente significativos para los tratamientos en el tejido de la corona.

Almidón

Al efectuar el análisis de varianza se encontró diferencia significativa para los tratamientos pero no para las soluciones en el tejido de la corona. Al realizar la prueba de comparación de medias de Fisher ($P \leq 0.05$), (Cuadro 7), indicó que el tratamiento T5 (Quitosan al 0.05%) de la solución A y con la solución B, muestra diferencias significativas respecto a los tratamientos T3 (Complejo PAA-Q al 0.1%) y T4 (Poliácido acrílico al 0.05%) de la solución B mostraron valores más bajos lo que indica que estos últimos dos tratamientos tuvieron un efecto negativo. En el tejido de la hoja no se encontró diferencia significativa para los tratamientos, ni para las soluciones. Al realizar la prueba de comparación de medias de Fisher ($P \leq 0.05$), (Cuadro 8) indicó que el tratamiento T5 (Quitosan al 0.05%) de la solución A, seguido de los tratamientos T4 (Poliácido acrílico al 0.05%) de la solución B y T2 (Ácido

salicílico 10^{-4} M) de la solución A mostraron diferencias significativas con valores más altos con respecto al tratamiento T1 (testigo) de la solución A, es probable que los inductores de resistencia (Quitosán, PAA y AS) en interacción con las soluciones A y B tuvieron un efecto positivo en la acumulación de glucosa en las hojas, ya que el testigo mostró los valores más bajos.

Estos resultados no concuerdan con los encontrados por Solano (2003), quién encontró diferencias significativas en el ANVA para soluciones pero no para tratamientos en el tejido de corona.

Carbón orgánico

Al efectuar el análisis de varianza en ambos tejidos (corona y hojas) no se encontró diferencia significativa para los tratamientos ni para las soluciones. Al realizar la prueba de comparación de medias de Fisher ($P \leq 0.05$), (Cuadro 7 y 8), indicó que tanto las soluciones como los tratamientos no tuvieron influencia sobre el contenido de carbono orgánico en ambos tejidos ya que los valores son iguales estadísticamente.

Estos resultados concuerdan con los mencionados por Solano (2003), quien tampoco encontró diferencia significativa entre las soluciones ni entre los tratamientos, coincidiendo también con los resultados de Barragán (2002), quién no encontró diferencia significativa estadísticamente entre soluciones. Aún y que el contenido de Carbono orgánico no se incrementa esto significa que las biomoléculas están en equilibrio en la planta de *Agave*.

Cuadro 7. Prueba de comparación de medias de Fisher ($P \leq 0.05$) para azúcares solubles, glucosa, almidón y carbono orgánico en el tejido de la corona de *Agave tequilana* Weber.

Solución / Tratamiento	Variables			
	Azúcares	Glucosa	Almidón	Carbono orgánico
A1	11.1518 a	7.1436 cd	6.6080 cd	38.5851 a
A2	6.5189 a	7.4975 cd	6.9351 cd	38.4308 a
A3	6.8128 a	8.9874 bc	8.3134 bc	38.5060 a
A4	8.5650 a	9.8718 abc	9.1083 abc	38.4783 a
A5	10.3677 a	13.0969 a	12.1146 a	38.5231 a
B1	7.9725 a	9.5175 abc	8.8037 abc	38.5902 a
B2	5.6539 a	9.6239 abc	8.9021 abc	38.5555 a
B3	6.3781 a	3.9618 d	3.6646 d	38.4854 a
B4	8.2889 a	4.5539 d	4.2124 d	38.4721 a
B5	7.3869 a	11.7351 ab	10.8550 ab	38.4781 a

NOTA: La letra A pertenece a la solución Douglas. La letra B a la solución Douglas + Na⁺.
1-tratamiento T1 (testigo), 2-tratamiento T2 (Ácido salicílico 10⁻⁴ M), 3-tratamiento T3 (Complejo PAA-Q al 0.1%), 4-tratamiento T4 (Poliácido acrílico al 0.05%) y 5-tratamiento T5 (Quitosán al 0.05%).

Cuadro 8. Prueba de comparación de medias de Fisher ($P \leq 0.05$) para azúcares solubles, glucosa, almidón y carbono orgánico en el tejido de la hoja de *Agave tequilana* Weber.

Solución / Tratamiento	Variables			
	Azúcares	Glucosa	Almidón	Carbono orgánico
A1	9.6178 a	3.5349 c	3.2698 c	38.5247 a
A2	7.3439 ab	9.4400 ab	8.7322 ab	38.5607 a
A3	6.8490 ab	7.7384 b	7.1580 b	38.5595 a
A4	6.2897 ab	8.1307 b	7.5209 b	38.5632 a
A5	6.0618 ab	12.5922 a	11.6478 a	38.4635 a
B1	6.6257 ab	7.1084 bc	6.5753 bc	38.4332 a
B2	7.7342 ab	6.0264 bc	5.5744 bc	38.5079 a
B3	5.4781 b	5.9888 bc	5.5396 bc	38.5279 a
B4	7.6342 ab	9.4926 ab	8.7807 ab	38.5577 a
B5	7.2784 ab	8.1089 b	7.5008 b	38.5831 a

NOTA: La letra A pertenece a la solución Douglas. La letra B a la solución Douglas + Na⁺.
1-tratamiento T1 (testigo), 2-tratamiento T2 (Ácido salicílico 10⁻⁴ M), 3-tratamiento T3 (Complejo PAA-Q al 0.1%), 4-tratamiento T4 (Poliácido acrílico al 0.05%) y 5-tratamiento T5 (Quitosán al 0.05%).

V. CONCLUSIONES

- ♦ Con el uso de la solución Douglas + Na⁺, se observó un efecto positivo sobre la cobertura foliar, el número de hojas mostró efectos negativos y en el diámetro de la corona no tuvo diferencias significativas.
- ♦ En la variable de biomasa la solución Douglas + Na⁺ no mostró un efecto significativo para el peso seco de la raíz, de la corona, de la hoja y total de la planta.
- ♦ La solución Douglas + Na⁺ no tuvo un efecto significativo sobre las variables bioquímicas: azúcares solubles, almidón, glucosa y carbono orgánico en los tejidos de la corona y de la hoja.
- ♦ En los tratamientos inductores de resistencia el T2 (Ácido salicílico 10⁻⁴ M) seguido de T1 (testigo) y T3 (Complejo PAA-Q al 0.1%) se observaron valores mayores para el diámetro de la corona. En el número de las hojas el tratamiento T4 (Poliácido acrílico al 0.05%) tuvo un efecto negativo y para la cobertura foliar no se mostraron diferencias significativas.
- ♦ Los inductores de resistencia no mostraron diferencias significativas para la variable de la biomasa, a excepción del tratamiento T3 (Complejo PAA-Q al 0.1%) que mostró un efecto positivo sobre el peso seco de la hoja, peso fresco de la hoja y en el peso seco total de la planta.
- ♦ El tratamiento T3 (Complejo PAA-Q al 0.1%) con la solución Douglas + Na⁺ tuvo un efecto negativo en la acumulación de azúcares solubles en el tejido de la hoja.

- ♦ El tratamiento T5 (Quitósán al 0.05%) tuvo un efecto positivo en la acumulación de glucosa y almidón en los tejidos de la corona y las hojas.
- ♦ Los inductores de resistencia no tuvieron un efecto significativo sobre el contenido de carbono orgánico en los tejidos de la corona y las hojas.

VI. LITERATURA CITADA

- AGROPECT star. 2002. Capitulo 5. Potasio.
<http://www.agropecstar.com/portal/doctos/agronomia5.htm> (Consultada en junio del 2003).
- Aguirre, Soto. M. 2000. Servicios Agrotecnicos de los Altos. Manual para Agaveros. Arandas, Jalisco México.
- Barragán, N. A. 2002. Tesis. Respuesta bioquímica de los carbohidratos en *Agave tequilana* a diferente concentración sodio y potasio. Universidad Autonoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coahuila , México.
- Bell, A. 1981. The physiological role of secondary natural products in the biochemistry of plants, E.E. Conn (ed.). Academic Press, New York.
- Benavides, M. A. 2002. Ecofisiología y Bioquímica del Estrés en Plantas. UAAAN. México.
- Bourbouloux, A., P. Raymond, and S. Delrot. 1998. Effects of salicylic acid on sugar and amino acid uptake. J. Exp. Bot. 49:239-247.
- Cámara Regional de la Industria Tequilera (CRIT). 1997. Revista de la Cámara Regional de la Industria Tequilera. Año 1, Número 1, Agosto de 1997. México. www.feriavirtual.com.mx/f_5/agavaceas_i.htm (Consultada en junio del 2003).
- Cárdenas, G., G. Cabrera, P. Casals, C. Von Plessing, S. P. Miranda. 2002. Encapsulamiento de pesticidas utilizando quitosano. II Simposio Iberoamericano de Quitina. PAQ-7. 585-586.
- Chirinos, U. H. 2000. Fertilización de *Agave Tequilana* Weber. <http://www.al-labs.com.mx/DOC/2-13.htm> (Consultada en junio del 2003).
- Christopher, J. T., Houlum J. A. 1996. Patterns of carbon partitioning in leaves of crassulacean acid metabolism species during deacidification. Plant – physiology (Lancaster, Pa.) (USA) v. 112 (1) p. 393-399.
- Cruz, J. E. 2002. Tesis. Fertilización química y orgánica del Agave mezcalero. Universidad Autonoma Agraria Antonio Narro. Buenavista Saltillo, Coahuila Mexico.
- Dong, J. Y., Ozaki and K. Nakashima. 1997. Macromoléculas. 30:1111-1117

- Ferrarese, L., P. Moretto, L. Trainotti, N. Rascio, and G. Casadoro. 1996. Cellulase involvement in the abscission of peach and pepper leaves is affected by salicylic acid. *J. Exp. Bot.* 47:251-257.
- Gorlach, J., S. Volrath, G. Knauf-Beiter, G. Hengy, U. Beckhove, K.H. Kogel, M. Oostendorp, T. Staub, E. Ward, H. Kessmann, J. Ryals. 1996. Benzothiadiazole, a novel class of inducers of systemic acquired resistance, activates gene expression and disease resistance in wheat. *Plant Cell* 8:629-643.
- Granados, S. D. 1993. Los agaves en México. UACH. pp. 102-103
- Gullino, M.L., P. Leroux, and C.M. Smith. 2000. Uses and challenges of novel compounds for plant disease control. *Crop Protect.* 19:1-11.
- Gutiérrez-Coronado, M.A., C. Trejo-López, and A. Larqué-Saavedra. 1998. Effects of salicylic acid on the growth of roots and shoots in soybean. *Plant Physiol. Biochem.* 36:563-565.
- Hadwiger, L.A., B. Fristensky and R. C. Riggelman. 1984. Chitin, chitosan and related enzymes. J. P. Zikakis Eds, Academic Press Inc., Orlando FL. 291.
- Hidalgo L., W. Argüelles y C. Peniche. 1996. *Rev. Protección Vegetal*, 11(1), 33.
- ITESM. 2001. Producción Vegetal. Agave.
<http://www.gro.itesm.mx/agronomia2/extensivos/CAgaveGeneralidades.html#Origen>. (Consultada en junio de 2003).
- Kang, M.K., K.S. Park, and D. Choi. 1998. Coordinated expression of defense-related genes by TMV infection or salicylic acid treatment in tobacco. *Mol. Cells* 31:388-392.
- Karasuda S., S. Tanake, K. Hiroshi, Y. Yamamoto and D. Koga. 2002. Effect of chitinase against the powdery mildew, *Sphaerotheca humuli*, infecting on strawberry. II Simposio Iberoamericano de Quitina. ENZ-8. 667-668
- Laboratorios A & L de México S. A. de C. V. 2000. Guadalajara, Jalisco, México.
<http://www.al-labs.com.mx> (Consultada en junio del 2003).
- Larqué-Saavedra, A. 1975. Stomatal closure in response to acetyl salicylic acid treatment. *Physiol. Plant.* 93: 371-375.
- López, B. M. C. 1984. Reguladores del crecimiento. V: Estudio de aspersiones de ácido salicílico, saligenina y cinetina en la producción de trigo. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México, México.

- López, T. R, Camacho R. V. y Gutiérrez C. M. A..1998. Aplicación de ácido salicílico para incrementar el rendimiento agronómico en tres variedades de trigo. <http://www.chapingo.mx/terra/contenido/16/1/art43-48.pdf> (Consultada en junio del 2003).
- Malamy, J., J.P. Carr, D.F. Klessig, and I. Raskin. 1990. Salicylic acid: a likely endogenous signal in the resistance response of tobacco to viral infection. *Science* 250:1002-1004.
- Meron Biopolymers. 1997. Applications of Chitin <http://www.meronbiopolymers.com>. (Consultada en junio del 2003).
- Métraux, J.P., H. Signer, J. Ryals, E. Ward, M. Wyss-Benz, J. Gaudin, K. Raschdorf, E. Schmid, W. Blum, B. Inverardi. 1990. Increase in salicylic acid at the onset of systemic acquired resistance in cucumber. *Science* 250:1004-1006.
- Mikheikin, A. N. Alekseev, L. A. Mamaev. 1997. Proceedings of ICONE 5: 5th International Conference on Nuclear Engineering, May 26-30, Nice, France.
- Miranda, C. P., Damián L. V., Galo C. T. 2002. Permeabilidad del vapor de agua y propiedades mecánicas de películas compuestas de quitosán en un modelo de almacenamiento de aguacate. . II Simposio Iberoamericano de Quitina. PFQ-5. 606-607.
- Nobel, P. S. 1998. Los incomparables agaves y cactus 1^a. Edición en Español. Editorial Trillas. Pp 183.
- Pérez, G. F., Martínez – J.B. Laborde.1994. Introducción a la fisiología vegetal. Editorial Mundi-Prensa. Madrid. España.
- Pergushov, D. V., V. A. Izumrudov, A. B. Zevin and V. A. Kabanov. 1996. Complejos polielectrolíticos como aglomerantes inteligentes con estabilidad controlada en soluciones Salinas acuosas.
- Raskin, I. 1992. Role of salicylic acid in plants. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* 43:439-463.
- Rathke, T. D., S. M. Hudson. 1994. Review of chitin and chitosan as fiber and film formers. *Rev. Makromol. Chem. Phys.* 34C(3): 375.
- Raveh, E., Wang Ning., Nobel P. S., Wang N. 1998. Gas exchange and metabolite fluctuations in green and yellow bands of variegated leaves of the monocotyledonous CAM species *Agave americana*. *Physiologia-Plantarum*. 103: 1, 99-104; 40 ref.

- Saeedi, S., J. Gaillochet, J. Bonmort y G. Roblin. 1984. Effect of salicylic and acetyl salicylic acids on the scatonastic and photonastic leaflet movement of *Cassia fasciculata*. Plant Physiol. 76: 8520-853.
- Sakamoto, K., Y. Tada, Y. Yokozeki, H. Akagi, N. Ayashi, T. Fujimura, and N. Ichikawa. 1999. Chemical induction of disease resistance in rice is correlated with the expression of a gene encoding a nucleotide binding site and leucine-rich repeats. Plant Mol. Biol. 40:847-855.
- Salisbury, F. B. and Ross, C. W. 1994. Fisiología Vegetal. Grupo Editorial Iberoamerica. México. Pp 133 – 135; 270 – 273.
- Salvador, L., Susana P. M., Nadia A. y Virginia L. 1999. Recubrimiento de quitosán en aguacate. Rev. Sociedad Química de México. Vol. 43. Num 1. 18-23.
- Satti, S. M. E., R. A. Al-Yahyal, and F. Al-said. 1996. Fruit quality and partitioning of mineral elements in processing tomato in response tyo saline nutrients. J. Plant Nutr. 19 : 705-715.
- Saxena, P.K. y A. Rashid. 1980. Differentiation of budcell on the protonema of the moss *Anoectanquium thomsonii*. Effect of aspirin and salicylic acid. Z. Pflanzenphysiology 99: 187-189.
- SEPSA. 1999. Boletín informativo. México, tierra de agaves. <http://www.sepsaestudios.com/Especial113.htm>. (Consultada en junio del 2003).
- Shigemasa Y., S. Minami. Biotechnol. 1995. Gen. Eng. Rev., 13, 383.
- Shirai, M. K. L. I. Guerrero y M. H. Georg. 1996. Ciencia. La quitina, presencia, propiedades y aplicaciones. Pp 322.
- Solano, G. L. A. 2003. Tesis. Efecto de la fertilización Na / K sobre el crecimiento y productividad de carbohidratos de *Agave tequilana* Weber con aplicaciones de Inductores de Resistencia. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coahuila , México.
- Stichter, L., B.N. Mauch-Mani, and J.P. Métraux. 1997. Systemic acquired resistance. Annu. Rev. Phytopathol. 35:235-270.